

Propagación de aguacate

EDUARDO CAMPOS ROJAS
JUAN AYALA ARREOLA
JORGE ANDRÉS AGUSTÍN
MA. DE LA CRUZ ESPINDOLA BARQUERA

Noviembre, 2012



**SECRETARIA DE AGRICULTURA, GANADERIA,
DESARROLLO RURAL, PESCA Y ALIMENTACIÓN**

**Lic. Francisco Javier Mayorga Castañeda
Secretario**

**Lic. Mariano Ruiz Funes Macedo
Subsecretario de Agricultura**

**Dr. José Arnulfo del Toro Morales
Director General de Vinculación y Desarrollo Tecnológico**

**Ing. Enriqueta Molina Macías
Directora General del Servicio Nacional de Inspección y Certificación
de Semillas (SNICS)**

**SISTEMA NACIONAL DE RECURSOS FITOGENÉTICOS PARA
LA ALIMENTACIÓN Y LA AGRICULTURA (SINAREFI)**

**M.C. Rosalinda González Santos
Subdirección de Recursos Fitogenéticos**

**Dra. María de la Cruz Espíndola Barquera
Coordinadora de la Red Aguacate**

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA CHAPINGO

Dr. Carlos Alberto Villaseñor Perea
Rector

Dr. Ramón Valdivia Alcalá
Director General Académico

Dr. José Reyes Altamirano Cárdenas
Director General de Investigación y Posgrado

Ing. José Guadalupe Gaytán Ruelas
Director General de Administración

M en C. Domingo Montalvo Hernández
Director General de Patronato Universitario

Biol. Ma. de Lourdes Rodríguez Ramírez
Directora General de Difusión Cultural y Servicio

AGRADECIMIENTOS

Esta obra fue posible gracias al apoyo financiero del Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas (SNICS) y el Sistema Nacional de Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura (SINAREFI), Con el apoyo Técnico Administrativo de la Universidad Autónoma Chapingo y el Departamento de Fitotecnia.

INDICE

	Página
PRESENTACIÓN.....	6
INTRODUCCIÓN.....	8
ORIGEN DEL AGUACATE.....	9
SUELO Y CLIMA.....	9
PROPAGACIÓN.....	9
Construcción del almácigo.....	10
Desinfección del almácigo.....	11
Obtención de la semilla.....	11
Presiembra.....	13
Siembra.....	13
Trasplante a bolsas de plástico.....	14
INJERTACIÓN.....	15
Injerto ingles.....	18
SELECCIÓN DE LA VARETA.....	18
MANEJO DE LA PLANTA.....	19
PLAGAS Y ENFERMEDADES.....	20
CLONACIÓN DE PORTAINJERTOS.....	21
El proceso de producción.....	22
PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE PORTAINJERTOS. SU IMPORTANCIA EN AGUACATE..	25
PROCESO DE ENRAIZAMIENTO: FACTORES INVOLUCRADOS.....	28
Técnicas que promueven el proceso de enraizamiento.....	30
Etiolación.....	30
Aplicación exógena de auxinas.....	31
MÉTODOS DE PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE PORTAINJERTOS.....	33
Estacas.....	33
Acodos.....	34
Micropropagación.....	34
SUSTRATOS.....	38
Sustrato ideal.....	39

Materiales usados como sustratos.....	41
Aserrín.....	41
Arena.....	41
Elaboración de sustratos.....	43
Características químicas.....	44
Salinidad.....	45
pH del sustrato.....	45
Características físicas.....	45
Porosidad.....	46
Aireación.....	46
COMPACTACIÓN Y CRECIMIENTO RADICULAR.....	47
CRECIMIENTO DE PORTAINJERTOS.....	48
CRECIMIENTO DEL INJERTO.....	49
OBTENCIÓN DE PLANTA TERMINADA.....	49
BIBLIOGRAFÍA.....	50

PRESENTACIÓN

El cultivo de aguacate es de gran importancia en México y particularmente en los estados de Michoacán, Jalisco, Morelos, México, Puebla; para Octubre de 2012 la superficie cultivada de aguacate en el país fue de 142,146.10 hectáreas y la producción de 1,264,141.46 toneladas. En este periodo la participación de México en la producción mundial de aguacate fue de 45% de la superficie cultivada y 34% de la producción mundial exportada (SIAP, 2012), el Sistema Producto Aguacate contribuye de manera importante al crecimiento económico del sector agrícola del país. De acuerdo con el SIAP, en la presente década el valor de la producción se ha triplicado, pasando de 4,216 a 12,459 millones de pesos y el de las exportaciones ha aumentado en más de 1,000% al pasar de 73.7 a 812.2 millones de dólares estadounidenses. Estas estimaciones no incluyen la derrama económica que se genera a través de la generación de empleos y servicios en cada eslabón de la cadena.

Es un hecho que la coincidencia de condiciones agroclimáticas ha ocasionado un acelerado cambio de uso del suelo forestal a la producción de aguacate, al grado de provocar un gran deterioro de los ecosistemas forestales en los estados productores, que se manifiesta en un proceso de mayor incidencia de plagas y enfermedades y el requerimiento cada vez mayor del uso de portainjertos que se adapten a nuevas condiciones de suelo y ambiente para el desarrollo del aguacatero. Esto tiene implicaciones importantes, pues el portainjerto es la mitad del sistema del árbol que conforma el cultivo y el sustento principal de la planta ante cualquier suelo que se cultive, el suministro de agua para diversos procesos fisiológicos del árbol, la conservación del suelo y la provisión de servicios ambientales a la sociedad. Por ello, urge tomar decisiones que orienten hacia la mejor selección y propagación del aguacatero, además de promover el manejo sustentable de los recursos, en beneficio de las generaciones futuras, la conservación y uso sustentable del recurso ambiental donde el aguacatero se cultiva o pueda cultivarse.

En el caso de los portainjertos, se buscan atributos que confieran principalmente una buena adaptación al árbol, y que resulte finalmente en una unidad productiva. La

elección de un portainjerto es de gran importancia ya que puede resultar en el éxito o fracaso de una plantación.

Después del desarrollo de la técnica de propagación clonal de portainjertos en el ámbito comercial en los 1970's se ha hecho realidad la utilización de portainjertos selectos en plantaciones comerciales que principalmente le confieran al árbol adaptación a condiciones adversas del suelo.

INTRODUCCIÓN

En México la producción de planta de aguacate se basa principalmente en el uso de portainjertos originados por semilla, que en la mayoría de los casos su origen es desconocido. Los portainjertos de semilla presentan gran variabilidad en las huertas comerciales, lo cual se manifiesta en susceptibilidad a plagas y enfermedades, sequía, alternancia productiva, dificultad en el manejo, entre otros.

La propagación comercial de cultivares de aguacate generalmente es realizada a través de injertos de púa sobre portainjertos de pie franco, obtenidos de semilla. No obstante, el uso de portainjertos de pie franco trae como inconveniente la segregación genética, porque el aguacate es una especie de fecundación cruzada, altamente heterocigótica y tiene semillas monoembriónicas. Este hecho trae consigo una gran variabilidad de la progenie, haciendo imposible la perpetuación de características deseables en los portainjertos, como la inducción de enanismo, adaptación a condiciones edáficas y tolerancia a enfermedades, especialmente la pudrición de la raíz causada por *Phytophthora cinnamomi* Rands.

En la actualidad en México no se dispone de planta certificada de aguacate, ya que aún no se dispone de la regla técnica respectiva que indique los procedimientos para producir planta en vivero, por lo tanto el procedimiento para la propagación es variable.

En México se están iniciando las evaluaciones de los portainjertos resistentes a nivel de investigación y algunas pruebas de campo; sin embargo, la escasez de planta es uno de los problemas principales debido a que tiene que ser por clonación, lo cual es tardado y costoso; el método de propagación clonal soluciona los problemas de variabilidad. Debido a todo lo anterior, se planteó el presente trabajo de revisión dentro de la Red Aguacate, para describir la técnica de propagación clonal con la finalidad de producir planta de aguacate con mayor sanidad y reducir los problemas de pérdidas al momento de establecer las huertas comerciales.

ORIGEN DEL AGUACATE

El aguacate es nativo de América. El árbol se originó en México, Centro América hasta Colombia, Venezuela, Ecuador y Perú. La antigüedad registrada de restos fósiles, de aguacate encontrados en el Valle de Tehuacán en el Estado de Puebla, es de 8,000 años, antigüedad cercana a los 10,000 años del Hombre de Tepexpan, cuyos restos y los de algunos mamuts fueron encontrados en el Valle de México. Los primeros pobladores de América Central y del Sur y del área central de México probablemente domesticaron al aguacate al descubrir su exquisito sabor.

SUELO Y CLIMA

El cultivo del aguacate requiere para su crecimiento y desarrollo, temperatura mínima de 10°C. Por otra parte, aunque el cultivar Hass, tiene capacidad para soportar por periodos cortos de tiempo temperaturas del orden de 1.1°C, es deseable evitar someter a la planta a éstos extremos y establecer los huertos en zonas libres de heladas; así mismo, el árbol de aguacate requiere de 10 a 17°C como mínima y de 28 a 33°C de máxima como extremos para el "amarre" de frutos, por lo que si se desea establecer una plantación se debe considerar que en el sitio las temperaturas que se registran durante el año oscilen entre los valores citados para que el cultivo no tenga problemas en cuanto a exigencias térmicas.

El aguacate se desarrolla favorablemente en áreas con lluvia anual de 1000 a 1800 mm, humedad relativa de 80 al 85%, fotoperiodo anual de 980 a 1200 horas luz y un régimen térmico anual de 1750 a 3250 unidades calor acumuladas entre 10 y 30°C.

PROPAGACIÓN

Es importante recordar que hasta hace poco tiempo, la mayoría de los portainjertos y variedades importantes eran resultado de la búsqueda y evaluación de semillas de mutaciones. A pesar que en los últimos años nos hemos concentrado en el ámbito del

mejoramiento y selección bajo condiciones controladas, la búsqueda de material varietal y portainjertos excepcionales es muy importante para los agricultores.

Debemos recordar que los árboles de gran productividad parecen ser más el resultado de las interacciones entre el portainjerto y la variedad. Los árboles clonados a partir de tal selección es un componente importante del proceso de evaluación.

Construcción del almácigo

En la mayoría de los viveros de México se prefiere la siembra en almácigos o semilleros, ya que con este método se asegura que las plántulas que serán trasplantadas a los contenedores antes de ir a campo serán vigorosas, sanas y sin problemas de malformaciones de raíz.

Con el objeto de facilitar la germinación de las semillas es recomendable preparar una cama de 20 a 40 cm de profundidad, de 1 m de ancho y lo largo dependerá de las necesidades de planta que se requiera; se calcula que aproximadamente en dos metros cuadrados se obtiene planta suficiente para una hectárea. Comúnmente, los almácigos se construyen de 10 m de largo para facilitar su manejo, más se pueden construir de 20 m de largo (Ortíz y Vázquez, 2009). La época para establecerlo dependerá del lugar de producción pero lo más recomendable es entre marzo y mayo, con el fin de aprovechar la mayor estación de crecimiento posible.

Otra propuesta para el establecimiento del almácigo es levantar una cama de 20 cm de alto por 1 a 1.5 metros de ancho, el largo depende de la disponibilidad de espacio y número de semillas por establecer. Los bordes pueden ser rectos o bien tener cierto grado de inclinación, para permitir mayor aireación. Una vez que se tiene la cama, se pueden trazar los surcos guía con ayuda de una vara o un enrejado y proceder a la siembra dejando un espaciamiento de 5 cm entre semillas y 20 cm entre surcos.

Desinfección del almácigo

Actualmente se recomienda la aplicación de Busan® 1020 el cual es muy efectivo y menos peligroso que el bromuro de metilo, se utiliza un litro en 100 litros de agua para desinfección de cepas. Este producto es líquido y gasifica al contacto con el suelo, no con el aire como el bromuro.

Debe tenerse cuidado al usarlo ya que es un gas muy venenoso que se extiende rápido, por lo que se recomienda usar guantes y mascarilla para aplicarlo.

La forma de manejar el producto es la siguiente: se abre la cepa y se le da una aspersión de la solución a la dosis descrita a las paredes y piso de esta, se le ponen a la cepa unas dos o tres paladas de suelo y se da otra aspersión de la solución, así sucesivamente hasta completar el volumen del sustrato a desinfectar, al terminar se deja reposar durante 30 ó 40 días, después se abre para que se ventile durante 10 días, posteriormente se puede emplear para el llenado de bolsa y trasplante de las plántulas de aguacate.

El uso de una solución de Formol a 2.5% más calhidra (25 kg) y Basudín® granulado 4% (10 kg) en 200 litros de agua; para desinfectar 3 m³ de sustrato podría representar otra opción para desinfectar el sustrato.

Obtención de la semilla

La semilla debe seleccionarse de aguacate criollo, de buen vigor y sano, la fruta que se use para este fin debe estar en madurez fisiológica, y provenir del menor número de árboles progenitores para evitar variación en la plantación. Nunca deben usarse semillas de fruta tierna, enferma y que haya sido colectada del suelo, puesto que podrían estar infectadas por patógenos como *Phytophthora cinnamomi*. En seguida se le quita la pulpa y se extrae la semilla, se lava a chorro de agua, dejándola orear sobre un costal en un lugar sombreado y ventilado (Figura 1).



Figura 1. Lavado de semillas de aguacate.

Se recomienda proteger la semilla con fungicidas en polvo como el Arazán, Captán en dosis de 10 g/ kg de semilla.

Cuando se desee almacenar semilla, ésta debe mantenerse a una temperatura de 4 a 7 °C con presencia de humedad. La vida útil de la semilla, en estas condiciones, se aumenta de seis a ocho meses.

Se podría elegir alguna de las siguientes opciones:

1. Cuando la semilla se encuentre completamente seca es recomendable tratarla con un fungicida, que puede ser Captan®, en dosis de $3 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ de agua ó Malation® en dosis de $1 \text{ mL} \cdot \text{L}^{-1}$ de agua, se sumergen las semillas por dos horas, posteriormente, se secan y se almacenan. La semilla se puede almacenar hasta 5 días en un lugar fresco y un mes en refrigeración (4°C). Lo recomendable es no dejar pasar mucho tiempo entre la obtención de las semillas y la siembra, ya que se disminuye la viabilidad de estas.
2. Otro método para eliminar patógenos es realizar un tratamiento hidrotérmico a una temperatura de 48 a 50 °C por 30 min (Hartmann *et al.*, 1997) y posteriormente secar a la sombra, las semillas podrían almacenarse en un lugar fresco y seco por dos a tres semanas.
3. Antes de la siembra se debe realizar un preacondicionamiento a las semillas porque éstas contienen inhibidores bioquímicos en la testa (cascarilla que recubre la semilla) y barreras mecánicas dado por el tamaño de los cotiledones,

factores que dificultan la germinación. Se han evaluado distintos tratamientos de escarificación que incluyen la remoción de la testa, corte basal, corte apical (corte de candado), cortes laterales, punciones y la utilización de varios de ellos en forma conjunta. En la actualidad, en la mayoría de los viveros comerciales solamente realizan la remoción de la testa.

Se sugiere la remoción de la testa en conjunto con la realización del corte de candado, el cual consiste en eliminar una pequeña porción de la parte apical de la semilla (1 a 2 cm, dependiendo del tamaño de la semilla).

Presiembra

Para evitar pudriciones es recomendable realizar un tratamiento presiembra, sumergiendo las semillas durante 10 minutos en una solución de productos fungicidas como Captan® y Benlate® a razón de 2 g·L⁻¹ de agua y 1 g·L⁻¹ de agua, respectivamente, sobre todo si se ha realizado el corte de candado.

Siembra

La semilla se siembra a una distancia de 1 a 5 cm entre líneas y entre semillas, se coloca la parte basal (más ancha y plana) hacia abajo. Se recomienda cortar la punta de la semilla para facilitar su germinación, colocarla con la parte más ancha y plana hacia abajo, en surcos a 5 cm de profundidad, 5 cm de separación entre semillas y 15 cm entre surcos, tapar con una capa de sustrato de 1 a 2 cm. Posteriormente se aplica sulfato de cobre en polvo sobre el almácigo y regar. La germinación ocurre entre los 40 y 60 días después de la siembra.

Se sugiere proporcionar sombra a las plantas durante el día a fin de evitar la deshidratación de la planta y destaparla durante la noche. Cuando tengan dos hojas extendidas están listas para el trasplante.

Trasplante a bolsas de plástico

Esta práctica se efectúa cuando la plántula alcanza una altura de 5 a 10 cm o cuando tiene 6 hojas bien formadas. La bolsa utilizada para este fin debe ser de plástico cristalino con capacidad de 3 a 5 kilos de sustrato, compuesto por dos partes de tierra (suelo agrícola) y una parte de tierra de encino y se recomienda desinfectar igual como se hizo con el almácigo.

Para manejar fácilmente las bolsas, éstas se deben ubicar en bloque de dos a tres filas, dejando un pasillo de 1 m de ancho entre bloques.

En forma general se utiliza bolsa negra de calibre 300, las dimensiones varían de 26 x 48 cm y de 34 x 62 cm (Ortíz y Vázquez, 2009).

El tamaño dependerá del tiempo que la planta se mantendrá en vivero y en la bolsa antes de que el arbolito terminado sea establecido en la huerta; sin embargo, es preferible que la planta permanezca el menor tiempo posible en el vivero. La bolsa se debe perforar, para eliminar el exceso de humedad; se sugieren 10 perforaciones a cada bolsa, las cuales deben de estar distribuidas en la base y a 10 cm de la misma.

Se recomienda después del trasplante efectuar un riego con una solución a base de Derosal® 1 mL·L⁻¹ de agua más Previcur® 1.5 mL·L⁻¹ de agua.

Otra propuesta es utilizar bolsa negra de calibre 600 de 26 cm x 35 cm con perforaciones en el primer tercio inferior.

Las bolsas son colocadas en bloques de cuatro hileras, dejando un espaciamiento entre bloque y bloque del tamaño de una bolsa llena. La hilera sin bolsa favorece la circulación del aire y facilita las labores culturales. Con este arreglo en una longitud de 10 m y un ancho de 2.3 m, se colocan 56 bolsas. Después del tratamiento presiembra se establece la semilla en la bolsa con sustrato y se cubre con aproximadamente 2 a 3 cm de sustrato.

Cuando las plántulas tienen alrededor de seis meses están listas para injertarse, otro indicador puede ser el grosor del tallo (1.5 cm).

INJERTACIÓN

Es recomendable injertar la planta criolla patrón a los diez meses de edad, o cuando éste tenga aproximadamente 1.5 cm de grosor en la base del tallo, durante los meses de mayo a agosto. La vareta debe tener un grosor semejante a la del tallo del patrón en el que se injertará.

Existen varios tipos de injerto que se pueden efectuar en aguacate como son: enchapado lateral (Figura 2), yema (Figura 3), yema en escudete o parche (Figura 4) y de hendidura (Figura 5).

El tipo más utilizado por los viveristas de la región es el enchapado lateral que se realiza en la siguiente forma:

1. Se hace a 30 cm del nivel del suelo.
2. Se hace un corte descendente en el tallo de 3 a 4 cm de longitud, con el que se elimina la corteza y parte de la madera. Se complementa con otro corte sesgado en la parte inferior, que permite la eliminación limpia de porción cortada.
3. A la vareta, que debe contener de 3 a 4 yemas, se le hace un corte lateral, de la misma longitud que el que se hizo en el patrón, con una terminación en forma de cuña que le permita encajar en el portainjerto o patrón.
4. Tanto el portainjerto como la vareta se acomodan lo mejor posible, procurando lograr el máximo ajuste entre sus tejidos.
5. Se atan ambas partes con una cinta plástica.
6. Se elimina la punta del portainjerto y de la vareta, sellando los cortes con pintura vinílica adicionada con un fungicida como Captan o Benlate.

7. Aunque no es indispensable, envuelva el injerto con una bolsa de plástico o de papel con perforaciones, para mantenerlo húmedo.

8. Se deben eliminar todos los brotes del portainjerto que aparezcan después de injertarlo.

9. Cuando se observe que el injerto ha tenido éxito, se debe eliminar completamente la parte superior del portainjerto mediante un corte diagonal por arriba del sitio del injerto, y mantener las plantas injertadas bajo media sombra para evitar la insolación extrema. En las condiciones del estado de México se obtienen plantas listas para venta de 12 a 14 meses después de la siembra en semillero con el injerto de enchapado lateral.



Figura 2. Injerto de enchapado lateral.



Figura 3. Injerto de yema.



Figura 4. Injerto de escudete o parche.



Figura 5. Injerto de hendidura.

Injerto ingles

1. Se debe procurar que el patrón y la vareta tengan el mismo grueso. Dos variantes de este método se emplean en aguacatero: “el simple” y “el de lengüeta” o “pata de cabra”. El procedimiento para realizarlos es casi el mismo, salvo que en “el de lengüeta” se realiza un corte extra, tanto en el patrón como en la vareta (Figura 6).
2. Se realiza un corte en diagonal sobre el patrón a una altura de 10 a 20 cm sobre el nivel de suelo de la bolsa; si se prefiere se puede realizar primero un corte transversal en el tallo, para facilitar el corte en diagonal.
3. Después se realiza un corte similar al anterior sobre la vareta pero en dirección contraria, de manera que coincidan o empalmen casi perfectamente. Posteriormente se procede al amarre, de esta manera concluye el “simple”.
4. Para el “modificado”, después de haber efectuado los cortes en diagonal se realiza una incisión a la mitad de éstos.
5. La incisión sobre el patrón se ejecuta hacia abajo y la de la vareta se hace hacia arriba. Ambos cortes deben tener una longitud semejante, para que empalmen perfectamente las “lengüetas”.
6. Por último se inserta la vareta, sobre el patrón y se amarra firmemente.



Figura 6. Injerto Ingles.

SELECCIÓN DE LA VARETA

Las varetas deben ser obtenidas de árboles adultos mayores de 5 años; sanos, libres de plagas y enfermedades, poco alternantes y productivos. Se elegirán varetas del

último crecimiento que presenten yemas bien formadas, hinchadas (a punto de brotar). Deben de colectarse después de la brotación, con un grosor de 0.5 a 1.5 cm. de un tamaño de 10 a 12 cm con 4 a 6 yemas (Figura 7). Las tijeras que se utilizan para la colecta de varetas deben de estar previamente desinfectadas con etanol. A las varetas seleccionadas se le cortan las hojas dejando solamente el peciolo, el cual debe ser de aproximadamente 5 mm e inmediatamente son cubiertas o mantenidas en fresco para evitar su deshidratación y mejorar el prendimiento de estas al ser injertadas.

Es conveniente utilizar el material inmediatamente después de colectarlo para evitar su deshidratación. En caso de no ser posible, se pueden mantener las varetas en la parte inferior del refrigerador envueltas en papel de periódico, franela o aserrín húmedo, dentro de una bolsa de plástico.



Figura 7. Selección de vareta.

MANEJO DE LA PLANTA

A fin de facilitar su crecimiento vertical, las plantas deben ser tutoradas con estacas de 70 cm de largo. En el vivero, las plantas se fertilizan principalmente con nitrógeno, usando dosis mensuales de 5 a 10 g de urea o de nitrato de amonio por planta. Es frecuente que se presenten deficiencias de zinc, que se corrigen con la aplicación de 1

a 2 g de quelatos por planta. La cantidad de agua y frecuencia de los riegos dependerán del clima, suelo y vigor de las plantas. Los arbolitos afectados por enfermedades como tristeza o marchitez deben eliminarse.

De acuerdo con las nuevas tecnologías para la producción de aguacate, se sugiere realizar la poda en vivero durante el desarrollo de la planta.

Esto implica un mayor costo en la preparación de planta; sin embargo, es una actividad necesaria si se desea avanzar en la definición del sistema de conducción del árbol previo a su establecimiento en campo.

Las siguientes sugerencias están de acuerdo a la propuesta del Ing. José Cortéz González (2010, comunicación personal).

a) Cuando la planta de aguacate injertada tenga alrededor de 40 a 60 días de desarrollo del injerto, se realiza el despunte del “líder central” (tallo principal).

b). Selección de las “ramas estructurales”. Se dejan preferentemente tres ramas bien distribuidas (equidistantes) y el resto se podan.

PLAGAS Y ENFERMEDADES

Las principales **plagas** en la etapa de vivero son los pulgones, ácaros, trips, mosquitas blancas, gusanos defoliadores, minadores, chicharritas y arañas rojas. El grado de infestación de plagas en vivero siempre estará en función del manejo fitosanitario. Para el control de mosquita blanca aplicar hidróxido de calcio en dosis de 1 kg para 100 litros de agua, con dos aplicaciones por semana; otra alternativa es el aceite parafínico de petróleo en dosis de 1 litro en 200 litros de agua.

Para araña roja aplicar azufre humectable en dosis de $7 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$ de agua o con azufre líquido en dosis de $3 \text{ mL} \cdot \text{L}^{-1}$ de agua, o aceite parafínico de petróleo 2 litros en 100 litros de agua. Para el control de trips y chicharritas con Permetrina en dosis de $3 \text{ mL} \cdot \text{L}^{-1}$ de agua.

Entre las principales enfermedades que se presentan en viveros de aguacate están las pudriciones de la raíz provocadas por: *Fusarium*, *Pythium*, *Phytophthora*, *Verticillium* y *Armillaria*. Una buena esterilización del suelo garantiza la reducción de estas enfermedades; en caso de presentarse, lo más recomendable es retirar las plantas que presenten síntomas y quemarlas.

También suelen presentarse problemas como antracnosis *Colletotrichum gloesporoides* y fumagina *Fumago sp.* Para el control se sugiere la desinfección de las varetas previo a su injertación, así como la aspersión de fungicidas y no cortar varetas o utilizar semillas de árboles que presenten signos de la enfermedad; en este aspecto es importante tener cuidado con el viroide causante de “la mancha de sol” o “Sun Blotch”. Para el control de antracnosis aplicar sulfato de cobre o Captan® en dosis de 3 g·L⁻¹ de agua.

CLONACIÓN DE PORTAINJERTOS

En el México la propagación comercial de patrones de aguacate es exclusivamente por semilla botánica, lo que trae grandes problemas en plantaciones comerciales instaladas sobre este tipo de portainjertos, debido a su alto grado de heterocigosis que se refleja en un comportamiento desuniforme de las plantas injertadas.

La propagación clonal de patrones, sobre los cuales se injerta el cultivar deseado, es la única posibilidad de tener una plantación constituida por plantas genéticamente uniformes en su totalidad. Esta es la tendencia mundial, en lo que respecta a la propagación de aguacate.

Sin embargo, la marcada dificultad congénita del aguacate para formar raíces adventicias complica el proceso y resta eficiencia a las sofisticadas y costosas tecnologías que se siguen ensayando en diversas partes del mundo para la producción comercial de portainjertos clonales. La necesidad de superar dichas dificultades obliga

a seguir buscando y/o adecuando tecnologías que reduzcan el costo y vuelvan más eficientes este tipo de propagación.

En aguacate han sido publicadas diversas técnicas para la producción de portainjertos clonales en vivero o invernadero, siendo Frolich y Platt (1971) quienes lograron sistematizar de manera adecuada una propagación vegetativa exitosa mediante el uso de brotes etiolados. A lo largo de los años la técnica ha seguido perfeccionándose de manera que incluso ya es aplicada a escala comercial por algunos viveros en otras partes del mundo. Sin embargo, la metodología aún es complicada y el precio de un aguacate sobre patrón clonal sigue siendo elevado, por ejemplo en Estados Unidos el precio varía entre 26.4 y 30 dólares, y en Europa entre 13 y 15 euros, según el patrón clonal utilizado y la variedad injertada.

El proceso de producción

1. Sembrar una semilla de aguacate criollo mexicano en un vaso de unicel con capacidad 1 L.



2. Cuando el tallo de esta planta tenga un diámetro de 5 mm se injerta con el portainjerto de interés a propagar.



3. Seleccionar sólo una yema.



4. Se le realiza un par de incisiones, longitudinales y opuestas en el tallo, y se aplica ácido indolbutírico sobre las incisiones.



5. El tallo etiolado es colocado dentro de un vaso de plástico transparente con capacidad para 500 mL.
6. Las raíces podrán observarse sobre la pared del vaso en un periodo de 70-80 días después de la aplicación del AIB.



7. El acodo con sus raíces adventicias se separa del patrón temporal, se coloca bajo sombra y nebulización intermitente para que endurezca.



PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE PORTAINJERTOS. SU IMPORTANCIA EN AGUACATE

De manera general la propagación vegetativa puede emplearse para obtener una planta íntegra o sólo una nueva copa (injerto). En ambos casos el genotipo resultante será idéntico a la planta de donde se obtuvo el material vegetativo para la propagación.

Cuando por estos métodos se obtienen plantas íntegras, el proceso biológico es conocido como clonación y las plantas resultantes son llamadas clones y pueden ser utilizadas como plantas definitivas o como portainjertos. En numerosas especies frutales de gran importancia económica como las vides y los manzanos por ejemplo, es una práctica común el empleo de portainjertos clonales (Ben-Ya'acov y Zilberstaine, 1999).

Para obviar la variabilidad, que resulta de utilizar portainjertos de aguacate producidos por semilla, es necesario recurrir a la producción de portainjertos clonales, sobre los cuales se injerta el cultivar deseado. De esta manera, las plantas definitivas de una plantación comercial serán genéticamente idénticas entre sí, tanto en patrón como en copa (Hartmann *et al.*, 1997; Ernst, 1999).

Como en muchas especies frutales, en los aguacates también existe la necesidad de seleccionar portainjertos en función de ciertos atributos que pueden ser características favorables para hacer frente a factores limitantes de la producción relacionados con el suelo como su tolerancia a la pudrición radicular, a la salinidad, al exceso calcáreo, a la falta de aireación, etc., o también para modificar algunas características hortícolas del cultivar injertado como vigor, precocidad en la entrada de producción, incremento de los rendimientos y la calidad, etc., incluso para reducir la susceptibilidad de los frutos a desórdenes fisiológicos o a enfermedades del fruto como la antracnosis (Willingham *et al.*, 2001).

Sin embargo, por las peculiares características del aguacate como especie anotadas oportunamente, los portainjertos que con algunas de estas características podrían ser seleccionados, deben de ser propagados vegetativamente para mantenerlas intactas.

Es decir, el mejoramiento genético de portainjertos de aguacate sólo es viable si existe la posibilidad técnica y económica para propagar vegetativamente los genotipos mejorados (Alves de Oliveira *et al.*, 1999).

Aún cuando existen reportes que indican que desde las primeras décadas del siglo pasado ya existía interés por la propagación vegetativa de portainjertos de aguacate, la necesidad de contar con portainjertos clonales, se volvió mucho más apremiante a partir del año 1942 cuando se aisló el patógeno *Phytophthora cinnamomi* Rands como causante de la pudrición radicular (Zentmyer, 1980; Zentmyer *et al.*, 1998), y la búsqueda de patrones tolerantes al patógeno se convirtió en una prioridad mundial en la investigación sobre el cultivo del aguacate (Gallo *et al.*, 1999).

Desde entonces muchos portainjertos con esas características, como los cultivares Duke 7, Thomas, Barr Duke, Toro Canyon, Dusa y Latas) y Evstro, han sido seleccionados principalmente en California (EEUU), Israel y Sudáfrica (Menge *et al.*, 1992; Menge, 2001). La propagación vegetativa de estos y otros con similares

aptitudes, resulta indispensable para conservar íntegramente sus beneficiosas características.

La heredabilidad de los caracteres de resistencia en el aguacate es generalmente baja, menos de 1%. Por lo tanto, las plantas producidas a partir de semillas colectadas de árboles resistentes generalmente muestran poca resistencia (Menge, 1999).

La búsqueda de nuevos portainjertos, y la necesidad de propagarlos clonalmente, también se ha orientado en otras direcciones que, como ya se ha mencionado, constituyen objetivos generales del mejoramiento de los portainjertos de aguacate (Ben-Ya'acov, 1985). Entre los que merecen destacarse, podemos indicar por ejemplo que en Israel la investigación se ha centrado en la tolerancia a la salinidad (Ben-Ya'acov *et al.*, 1992), para la que los aguacates de raza antillana están mejor adaptados. De los seleccionados, los más representativos hasta el momento son: Maoz, Tsrifin 99, Degania 117, Ashdot 17 (Homsky, 2000).

Otra metodología que puede ponerse en práctica gracias a la propagación vegetativa, es la que se conoce como la “copia” de árboles que por algunas características superiores deseables, sobresalen en una plantación comercial. De lo que se trata es de replicar estos árboles propagando clonalmente tanto el portainjerto (a través del enraizamiento de acodos o esquejes) como la copa (a través del injerto). De este modo, la descendencia obtenida a partir de ellos, será una copia exacta de la planta que le dio origen (Castro *et al.*, 2003).

Esta posibilidad cuenta con muchas ventajas en el país, debido a la heterogeneidad de nuestras plantaciones por la diversidad climática donde se cultiva aguacate y por el origen de los portainjertos que provienen de semillas que en la inmensa mayoría de casos son mezclas de mexicanos francos.

La principal limitante en la propagación clonal de portainjertos de aguacate, recae en la dificultad de los procedimientos, como consecuencia de la extremadamente limitada

disposición genética de sus tejidos para formar raíces adventicias, lo que se ve reflejado en costos muy elevados en comparación a la propagación por semilla.

A pesar de ello, la producción comercial de portainjertos clonales se ha incrementado en muchos países que son importantes productores. Así, por el año 2000, un estudio en California (EE.UU.), indicó que de los más de 370,000 árboles de aguacate vendidos por los viveros, cerca de 50% fueron árboles sobre patrones clonales. Por la misma época, en Sudáfrica el más grande vivero de aguacates, Westfalia Nursery, tenía una capacidad anual de producir 140,000 plantas sobre patrones clonales (Whiley *et al.*, 2002).

PROCESO DE ENRAIZAMIENTO: FACTORES INVOLUCRADOS

El enraizamiento es un proceso regenerativo a través del cual se forman raíces adventicias. Se denomina raíz adventicia a cualquier raíz que se constituye a partir de un tejido que no es la radícula del embrión. A pesar de haber sido estudiado e investigado ampliamente, la biología fundamental y el factor que desencadena la formación de raíces adventicias aún son desconocidos (Hartmann *et al.*, 1997). En aguacate, el tiempo que toma el enraizamiento de los tejidos del tallo suele ser variable y depende del método utilizado, las condiciones ambientales y las características del genotipo estudiado (Salazar-García *et al.*, 2004).

Reuveni y Raviv (1980) estudiando la capacidad de enraizamiento de esquejes con hojas, con riego nebulizado, de diez clones diferentes de aguacate, encontraron una correlación positiva entre la supervivencia de hojas y el éxito del enraizamiento. En efecto, la presencia de las hojas es fundamental en la formación de raíces adventicias. Las hojas y brotes jóvenes son fuente de la auxina ácido indol acético (AIA) y del almidón, entre otras sustancias que serían activadoras del enraizamiento a través de procesos que como ya se mencionó, aún no son del todo claros (Salazar-García y Borys, 1983; Veierskov, 1988).

Reuveni y Raviv (1980) determinaron el contenido de once elementos en hojas de esquejes de aguacate y sólo encontraron correlación entre el manganeso (Mn) y la formación de raíces. En hojas de cultivares de difícil enraizamiento se hallaron altos contenidos de Mn, mientras que en aquellos de fácil enraizamiento el contenido del microelemento fue mucho menos. Se sabe que el Mn es un activador de la enzima oxidasa del AIA, que destruye las auxinas naturales en la base del esqueje o estaca, ocasionando condiciones adversas al enraizamiento.

Luego de que un esqueje es colocado en condiciones favorables para su enraizamiento, normalmente hay un desarrollo de callos en la parte basal del esqueje. El callo es una masa irregular de células parenquimáticas en diferentes estados de lignificación. En aguacate, no hay certeza en cuanto a la conexión anatómica entre la formación de callo y el enraizamiento. A veces las raíces aparecen directamente del tejido de la rama, con o sin desarrollo de callo en el esqueje (Ernst y Holtzhausen, 1987).

Otro factor que se considera directamente involucrado en el proceso de enraizamiento, es la auxina endógena, que es una hormona que se encuentra en forma natural en las plantas, y su forma más común es el ácido indol-3-acético (AIA). De manera general, las auxinas son reconocidas como sustancias que estimulan la división celular y frecuentemente fomentan el desarrollo de callos y raíces en varias especies vegetales. Taiz y Zeiger (2002), indican que las raíces se forman porque el AIA se tiende a acumular inmediatamente sobre cualquier herida, en brotes o raíces, como resultado del transporte polar de auxinas.

En especies como el aguacate que son difíciles de enraizar, la edad de la planta madre de la que se usan o toman los brotes para su propagación clonal, es un factor de mucha importancia (Hartmann *et al.*, 1997). Desde mucho tiempo atrás se ha reportado que la capacidad de enraizamiento en el aguacate disminuye al aumentar la edad de la planta madre, comportamiento que se relacionó con el llamado factor de juvenilidad. Estudios más recientes corroboran esta relación. Kadman (1976), trabajando con el cultivar

Mexicola, logró 100% de enraizamiento de esquejes que provenían de plántulas de 6 meses y sólo 30% cuando éstas ya tenían 12 meses. Esta alta capacidad de enraizamiento de estacas de plántulas de aguacate también fue reportada por Krezdorn y Marte (1976) en varios cultivares.

TÉCNICAS QUE PROMUEVEN EL PROCESO DE ENRAIZAMIENTO

Etiolación

La etiolación es el desarrollo de plantas o partes de las mismas en ausencia de luz, que resulta en características como: hojas pequeñas no expandidas, brotes elongados y falta de clorofila, lo que da lugar a un color blanco de los tejidos. En la práctica, los propagadores de plantas también usan el término de etiolación para referirse a brotes de plantas madres o nodrizas forzados a crecer bajo una fuerte sombra (Hartmann *et al.*, 1997).

La etiolación de brotes aumenta la concentración interna de auxinas, disminuye la lignificación de los tejidos, aumenta la acumulación de almidón en la región etiolada y disminuye el contenido de co-factores negativos del enraizamiento, especialmente de AIA– oxidasa (Bassuk y Maynard, 1987). La etiolación aumenta considerablemente la sensibilidad del tallo a la auxina, asimismo, induce cambios anatómicos en los tejidos del tallo que podrían incrementar la iniciación de primordios radicales, principalmente a partir las células parenquimáticas indiferenciadas.

Rodríguez (2003) observó que la formación de raíces en estaquillas está influenciada por las condiciones de luz durante el crecimiento de las plantas. La exclusión de luz a la totalidad del brote, antes de la propagación, estimula la formación de raíces en algunas plantas leñosas. Karhu (1992) reporta que el número y el porcentaje de raíces son mayores en esquejes etiolados.

La etiolación parece ser un tratamiento indispensable para lograr la emisión regular de raíces en tallos en algunos genotipos de aguacate (Moll y Wood, 1980; Salazar-García

y Borys, 1983; Alves de Oliveira *et al.*, 1999). Por ejemplo, Barrientos-Priego *et al.*, 1986) trabajando con los cultivares de aguacate Colín V-33 y Fuerte, encontraron que sin una previa etiolación el enraizado de los brotes fue nulo, a pesar de haberse realizado tratamientos con auxinas, anillados y usado camas enraizadoras. Anteriormente, ya Frolich y Platt (1971) introdujeron la técnica de la etiolación en la metodología del enraizamiento de esquejes de aguacate.

El tiempo requerido en ausencia de luz para que los brotes sean adecuadamente etiolados, según reportan varios investigadores, es variable. En promedio se ubica entre 3 a 8 semanas (Velho Da Silveira *et al.*, 2004; Aguilera, 2007).

En la mayoría de casos y para fines de propagación, una vez que los brotes están totalmente etiolados, éstos son puestos en condiciones de luz para desetiolarlos, manteniendo etiolada sólo la porción donde posteriormente tendrá lugar el enraizamiento. Esto se logra mediante una técnica conocida como “banding”.

Este tipo de portainjertos clonados son actualmente utilizados en California (USA), Israel y Sudáfrica; en países como México, Brasil, entre otros, la utilización de portainjertos de este tipo no es común, ya que los derivados de semillas de origen local han dado resultados satisfactorios por varios años y no se ha presentado la necesidad de recurrir a los clonales. La selección de portainjertos con características deseables para cierta región permitiría la posibilidad de obtener un portainjerto que exprese un potencial productivo superior a los utilizados de semilla que presentan variabilidad genética y dan una productividad variable. El uso de portainjertos seleccionados permitiría también la explotación uniforme de otros caracteres de interés como serían árboles de porte bajo.

Aplicación exógena de auxinas

Si la presencia de la auxina es reconocida como un factor que promueve la formación de raíces adventicias, la aplicación de reguladores de crecimiento tipo auxinas como el ácido indolbutírico (AIB), puede incrementar la concentración interna de la hormona,

reforzar su efecto y mejorar la calidad de las raíces (Ernst, 1999). Diversos trabajos de investigación en diversas especies confirman esta posibilidad, siendo el AIB y el ácido naftalenacético (ANA) las auxinas sintéticas más empleadas a diversas concentraciones y aplicadas en diferentes modalidades. Trabajando con esquejes etiolados de guayabo, Da Costa Jr. *et al.* (2003) concluyeron que la aplicación de AIB en inmersión rápida a $2,000 \text{ mg.L}^{-1}$ en solución (50% de alcohol) aumentó de manera significativa el número de raíces que produjeron los esquejes tratados.

Cutting y Van Vuuren (1988) empleando esquejes no etiolados de aguacate, encontraron que el AIB aplicado en talco a $2,000 \text{ mg.L}^{-1}$ fue favorable para el enraizamiento de los esquejes; sin embargo, concentraciones de $3,000 \text{ mg.L}^{-1}$ estimularon una excesiva producción de callos. Alves-de Oliveira *et al.* (1999) en un trabajo con acodos de brotes etiolados de aguacate en contenedores, determinó que la aplicación de AIB fue más eficiente cuando adicionalmente el acodo fue anillado.

El efecto de los tratamientos con auxina se manifiesta también en condiciones poco favorables para el enraizamiento, tal como lo establecen los resultados reportados por Young (1961), quien trabajando con acodo aéreo sobre plantas adultas de aguacate 'Duke', 'Zutano', 'Fuerte' y 'Hass', y usando los reguladores de crecimiento AIA y AIB aplicados en pasta de lanolina en concentraciones de $2,000 \text{ mg.L}^{-1}$ y $1,500 \text{ mg.L}^{-1}$ respectivamente, encontró que todos los acodos formaron callos al cabo de tres semanas, y que el enraizamiento fue escaso tanto en número como en tamaño.

Parece ser que el efecto de las auxinas en el enraizamiento, está relacionado con la intensidad de la luz. Así lo demuestra el estudio realizado por Christensen *et al.* (1980), quienes en portainjertos de manzano M26, encontraron que las estacas con las mayores irradiaciones (W/m^2) no tuvieron respuesta a los tratamientos de AIB, pero a medida que se fue disminuyendo la irradiación, la respuesta al tratamiento de auxinas se incrementó. A menores irradiaciones y mayores concentraciones de auxinas, se incrementó el número de raíces, el porcentaje de enraizamiento, y se acortó el tiempo entre el corte y la iniciación radical.

Respecto a la forma de acción de la auxina sintética, algunos investigadores indican que no actuaría como auxina sino como protector de la auxina endógena AIA, dirigiéndola a la formación de ciertos compuestos fenólicos, entre otros, que podrían ser empleados en el proceso de enraizamiento (Gandulfo, 1983).

MÉTODOS DE PROPAGACIÓN VEGETATIVA DE PORTAINJERTOS

Las técnicas que parecen ser fundamentales para lograr la eficiencia en los métodos comerciales de propagación vegetativa de portainjertos de aguacate son la etiolación y la aplicación de reguladores de crecimiento, especialmente el AIB (Frolich y Platt, 1971; Barrientos-Priego *et al.*, 1986; Biasi y Koller, 1993; Muñoz y Rogel, 1998; Ernst, 1999). Con el empleo de ambas, los métodos que más se trabajan en diferentes partes del mundo y con resultados bastante aceptables son las estacas y los acodos (Frolich y Platt, 1971; Barrientos-Priego *et al.*, 1986; Biasi y Koller, 1993; Aguilera, 2007). Wessels (1996) indica que los métodos comerciales de propagación vegetativa de aguacate son laboriosos y lentos, por lo que se debería tener en cuenta la propagación clonal *in vitro*. Sin embargo, esta metodología se complica por dificultades aún no resueltas en algunas de sus etapas, por lo que todavía no es una alternativa satisfactoria.

Estacas

En la propagación por estacas, una porción de tallo (de tejido joven o maduro) es separado de la planta madre e inducido a la formación de raíces y brotes por diversas manipulaciones que pueden ser químicas, mecánicas y/o ambientales (Hartmann *et al.*, 1997).

En especies de difícil enraizamiento como el aguacate, es conveniente trabajar la propagación por esquejes, que son estacas con tejido joven y con hojas, condiciones que favorecen el proceso de enraizamiento. Asimismo, técnicas como la etiolación y la aplicación exógena de hormonas como la auxina parecen ser fundamentales para el éxito de la propagación de esquejes.

Las condiciones fisiológicas y anatómicas de un esqueje, facilitan la pérdida de agua, motivo por el cual las técnicas de este método de propagación están diseñadas para que en la atmósfera del ambiente donde va a permanecer en espera de su enraizamiento, haya baja evapotranspiración por parte del esqueje, lo que usualmente se logra con un humedecimiento constante de las hojas y los tejidos tiernos del esqueje, a través del riego intermitente por nebulización o con una atmósfera saturada de humedad. Asimismo es importante que las células mantengan la adecuada turgencia para que los procesos de iniciación y desarrollo de raíces sucedan con normalidad. Además de la humedad, se requieren niveles apropiados de temperatura tanto en el sustrato donde se encuentra la parte basal del esqueje desarrollando raíces, como en la parte aérea, donde la temperatura debe ser adecuada para que las hojas no sufran stress. Las condiciones de luz propicias para la fotosíntesis y la producción de carbohidratos también son importantes (Hartmann *et al.*, 1997).

Las posibilidades de una aplicación comercial de la propagación clonal de portainjertos de aguacate, empiezan a tener mayor fundamento a partir de los trabajos de Frolich y Platt (1971) basados en la utilización de brotes etiolados. La técnica usada por estos investigadores consiste en injertar un patrón de aguacate sobre una planta proveniente de cualquier semilla de aguacate crecida en un contenedor, para constituir la llamada planta nodriza. Una vez crecido el injerto (patrón que será clonado), es podado y cuando empieza el nuevo brotamiento, la planta nodriza se traslada a un cuarto oscuro con la finalidad de que sus brotes crezcan etiolados. Luego, la planta es nuevamente puesta en condiciones de luz, pero la zona basal de los brotes se mantiene etiolada cubriéndola con mayor cantidad de sustrato.

De esta manera los brotes se desetiolan y se vuelven verdes, salvo su parte basal que continúa en condiciones de oscuridad. Después, cuando ya poseen hojas maduras, los brotes son separados de la planta nodriza y sembrados como esquejes en camas de enraizamiento especialmente acondicionadas en cajas de madera con una cubierta de vidrio, donde permanecen hasta formar raíces adventicias.

La dificultad de los aguacates para formar raíces adventicias, es una característica que varía de acuerdo a los diferentes genotipos. De manera general los esquejes de aguacates mexicanos tienen mejor comportamiento que los de la raza Guatemalteca, y estos mejor que los Antillanos (Reuveni y Raviv, 1980; Velho da Silveira *et al.*, 2004).

Teniendo como base esta técnica, y ensayando algunas variaciones, numerosos trabajos de investigación en la propagación de aguacate por esquejes, han sido realizados en diversas partes del mundo y con resultados variados. Barrientos-Priego *et al.* (1986), adicionando la aplicación de un anillado a la base del brote, y con dosis de una mezcla de AIB $10,000 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ y ANA $300 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$, reportaron porcentajes de 92.5% y 90.0% en enraizamiento de esquejes de los cultivares Colín V-33 y Fuerte respectivamente.

Velho da Silveira *et al.* (2004), empleando $2,000 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ de AIB, obtuvieron 62.5% de esquejes enraizados en el cultivar Oro Verde; sin embargo, el número promedio de raíces por esqueje fue menor a 3, lo que es indicio de un pobre enraizamiento. A su vez, Aguilera (2007), trabajando con 'Duke 7' y varios tratamientos de AIB, ANA y bencilaminopurina (BAP) sólo alcanza un 20% de enraizamiento.

Por otro lado, también se ha ensayado la utilización de brotes no etiolados para la propagación de aguacates por esquejes. Sin embargo, los resultados indican generalmente mucha dificultad en el proceso de enraizamiento, el cual además toma tiempos bastante prolongados.

Habría, no obstante, que resaltar los resultados obtenidos por Cutting y Van Vuuren (1988), que probaron el enraizamiento de este tipo de esquejes de 'Fuerte' y 'Duke 7', cuyos brotes fueron tratados con ácido giberélico 3 meses antes de ser extraídos. Los resultados, 150 días después de la siembra y con tratamiento de los esquejes con AIB a $2,000 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$, arrojaron 68% de enraizamiento.

Acodos

El acodo es una forma de propagación clonal en la que las raíces adventicias se promueven e inician en una rama que aún está unida a la planta madre. La rama enraizada, o acodo es separado y se convierte en una planta íntegra que cuenta con sus propias raíces y su propio sistema caulinar. La acumulación de fotosintatos y hormonas endógenas en el área de enraizamiento son factores de mucha importancia en el éxito del proceso, que puede además ser promovido por tratamientos externos como anillado, cortes o heridas, doblado de ramas o aplicaciones de hormonas sintéticas como el AIB (Hartmann *et al.*, 1997).

Weaver (1980) señala que el acodo se utiliza con frecuencia para propagar especies que forman raíces con mucha dificultad, siendo éste el caso del aguacate. Por eso es que gran parte de los trabajos, tanto a nivel de investigación como comercial, en propagación clonal de portainjertos de aguacate consideran en su metodología el uso del acodo.

Salazar-García y Borys (1983) describen la técnica de propagación clonal de aguacate a la que llamaron “franqueamiento” (en el Perú se conoce también como “afrancamiento”), en el cual se acoda el brote joven del portainjerto que se desea propagar vegetativamente sin que sea previamente etiolado. Sin embargo, utilizando esta técnica y con tratamiento de AIB $10,000 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$, Muñoz y Rogel (1998), 160 días después de aplicado los tratamientos no encontraron respuestas positivas en ‘Hass’, mientras que en ‘Martin Grande’ se alcanzó un 54% de enraizamiento, pero la mitad de los brotes tuvieron menos de tres raíces.

De manera similar a lo mencionado en el caso de la propagación por estacas, la etiolación es un procedimiento fundamental para el éxito de la propagación clonal de patrones de aguacate por acodo. Por eso, es que la técnica de Frolich y Platt (1971) también sirve de base en la aplicación de este método de propagación, en la mayoría de casos.

En Perú, De los Santos (2001), empleó la técnica de etiolación de brotes en acodo de aguacate, basado también en la metodología de Frolich y Platt (1971), usando el estrangulamiento antes del acodado para promover raíces y trabajando con tiempos de etiolación que fueron desde 4 hasta 8 semanas, y tiempos de enraizamiento desde 100 hasta 160 días después del acodado, obteniéndose los mejores resultados para todas las evaluaciones con 4 a 6 semanas de etiolación y 140 a 160 días de enraizamiento.

Como ya se mencionó, la propagación clonal de portainjertos de aguacate se emplea de manera comercial en ciertas partes del mundo, tal es el caso de viveros Brokaw en los Estados Unidos y España, que modificando la técnica de Frolich y Platt (1971), patentaron un procedimiento para la obtención de plantas clonales de aguacate mediante acodo, colocando un anillo metálico en el injerto, cuyo brote etiolado se va a acodar, antes de cubrirlo con el sustrato del medio enraizante. Luego que la parte no cubierta del brote, ya en condiciones de luz alcanza un diámetro adecuado, se injerta con la variedad deseada. Después la planta sigue desarrollando por aproximadamente un año más, tiempo luego del cual es separada de la planta nodriza por efecto del estrangulamiento provocado en el tallo por el anillo metálico colocado (Brokaw, 1987).

Entre otras variantes interesantes, derivadas de la técnica básica de Frolich y Platt (1971), conviene mencionar el trabajo con micro contenedores de Ernst (1999), que permite obtener por acodo más de una planta clonal a partir de una planta nodriza y aprovecha mejor el espacio ya que las plantas obtenidas son de pequeño tamaño.

Las técnicas descritas y las variantes de las mismas, tanto en el caso de esquejes como en acodos, siguen siendo muy laboriosas, toman tiempo considerable, son costosas y su eficiencia es relativa, motivo por el cual resulta interesante buscar opciones para acelerarlas y simplificarlas.

Micropropagación

Los intentos de multiplicar esta especie mediante cultivo de tejidos han buscado acortar el período de propagación y masificar la producción de plantas sobre portainjertos

clonales (Solorzano, 1989). Sin embargo, se ha logrado un éxito limitado en los ensayos, debido a que esta especie se comporta como recalcitrante en el cultivo *in vitro* (Dalsaso y Guevara, 1989).

Pliego-Alfaro *et al*, (2007), señalan que los procedimientos *in vitro* para el aguacate son versátiles. Pudiendo regenerarse plantas mediante ramificación axilar y embriogénesis somática. Sin embargo, las frecuencias de regeneración, particularmente para los embriones somáticos son muy bajas, por lo que es necesario mejorarlas.

SUSTRATOS

Se define como sustrato a todo material natural o artificial, que permite el anclaje del sistema radicular. Además también puede aportar elementos nutritivos (Crozon y Neyroud, 1990).

El sustrato es un factor más del cultivo, como la luz o la temperatura, pero a diferencia de éstos, el sustrato es un medio biológico, física y químicamente activo, cuya actividad depende del resto de factores ambientales, además del contenedor, las técnicas de cultivo y el cultivo (Bures, 1993). Según Kester y Davies (1990), son aptos como sustrato todos aquellos materiales que por su granulometría y estabilidad estructural, permiten una aireación elevada. Los sustratos deben aportar los elementos necesarios para el crecimiento: agua, aire y nutrientes.

Actualmente, estos últimos pueden ser aportados de un modo preciso al cultivo por los abonos minerales, la disponibilidad de agua y de aire depende de las propiedades físicas y mecánicas del sustrato (Crozon y Neyroud, 1990).

Según Kester y Davies (1990), un importante papel del sustrato es su aprovisionamiento como un buen medio para el crecimiento radicular, debido a que una planta con un buen sistema radicular generalmente es más vigorosa y tolerante a condiciones ambientales adversas.

Dentro del sector viverista, uno de los factores que condiciona el éxito de la propagación de plantas frutales en contenedores, son los materiales utilizados como sustratos. En el país existe una serie de materiales comúnmente usados en la elaboración de sustratos en vivero, entre ellos los más utilizados son: arena de río, suelo de cultivo, corteza de pino, acícula de pino, agrolita, turba y tierra de hoja. En los últimos años se ha observado una apreciable disminución de la disponibilidad de ellos, especialmente de los últimos dos materiales mencionados.

Aparte del problema de disponibilidad de materiales, se presenta un aumento en los costos de producción y una variabilidad de las características físicas y químicas de los sustratos, debido a que los materiales utilizados comúnmente presentan orígenes muy diversos, lo que implicaría una pérdida de uniformidad de las características fisicoquímicas.

A todo esto se suma un creciente interés de las autoridades por controlar la extracción de tierra de hoja. Esto debido a que el origen de este material se encuentra en quebradas y bosques nativos de la zona central, las cuales han sufrido una erosión, perdiéndose toda la capa vegetal y/u orgánica de estos suelos dejándolos casi inertes.

Todo esto ha llevado a los viveristas a replantearse este aspecto, buscando sustratos alternativos a los comúnmente usados. La búsqueda se ha orientado básicamente, a materiales que se encuentren en grandes volúmenes y en forma natural, como también de producción artificial o como residuos de algún proceso productivo. Otro factor que debe considerarse es el costo que poseen estos materiales y el transporte desde su fuente de origen.

Sustrato ideal

En la elección de un sustrato ideal, un primer criterio podría ser el costo económico del producto pero, sin duda, existen otros factores físico-químicos, más difíciles de evaluar a priori, que deben tenerse muy en cuenta para el éxito del nuevo sistema de cultivo. Una primera regla básica sería elegir un sustrato en función a las características del

sistema de fertirrigación disponible. Prácticamente, ningún sustrato es malo si se es capaz de adaptar a sus características de manejo, pero parece más razonable escoger el sustrato de acuerdo a las posibilidades reales de cada explotación. También es importante la capacidad del sustrato de actuar con la solución nutritiva, así sustratos inertes (lana de roca, perlita, etc.), permiten un mejor control de la nutrición pero, a la vez, exigen instalaciones de riego y fertilización más precisas. En cambio, sustratos más orgánicos poseen una mayor capacidad de intercambio catiónico modificando la solución aportada, pero también representan una mayor capacidad tampón ante posibles errores o cambios imprevistos. No se debe de olvidar los residuos que suponen algunos medios de cultivo después de su utilización y que van en contra de esta mentalidad cada vez más ecológica.

Bartollini y Petruccelli (1992) definieron las características de un sustrato ideal:

- Una elevada capacidad de retención para el agua y los elementos minerales
- Bajo contenido de sales
- Buen drenaje
- Óptimo pH para el desarrollo de diversas especies
- Estabilidad biológica y química después de la esterilización
- Facilidad de adquisición
- Poca densidad

Por su parte Hartmann, Kester y Davies (1990), en la germinación de semillas proponen la utilización de diversos materiales y mezclas. Para obtener buenos resultados se necesita que el medio reúna las siguientes características:

- El medio debe ser lo suficientemente macizo y denso para mantener en su lugar las semillas durante la germinación. Su volumen debe mantenerse bastante constante, seco o húmedo.
- Debe retener suficiente humedad para no regarlo con demasiada frecuencia.
- Debe ser lo suficientemente poroso de manera que escurra el agua excesiva, permitiendo una aireación adecuada.
- Debe estar libre de semillas de malezas, nematodos y diversos patógenos.

- No debe tener un alto nivel de salinidad.
- Debe poder ser pasteurizado con vapor o sustancias químicas sin que sufra efectos nocivos.
- Debe proporcionar una provisión adecuada de nutrientes cuando las plantas permanecen en él un largo periodo.

MATERIALES USADOS COMO SUSTRATOS

Diversos materiales han sido investigados hasta el momento, en donde se cuenta a materiales inorgánicos como las arenas y gravas, productos de origen volcánico (piroclastos, piroclastos de tipo basáltico, pómez, perlita, vermiculita, arcillas expandidas), y fibras de coco. También se han desarrollado materiales orgánicos de diversos orígenes, tales como turba (turba rubia y turba negra), turba de Sphagnum, residuos forestales y agrícolas (cortezas, acícula de pino, horofibre, cascarilla de arroz, fibra de coco), compost de residuos urbanos seleccionados, subproductos de animales (estiércol, lana y plumas), desechos industriales y materiales plásticos (poliestireno y poliuretanos) (Cid Ballarin, 1993).

Aserrín

El aserrín constituye un subproducto de la producción forestal. Está compuesto en un alto porcentaje por residuos de madera y muy poco por corteza. Existen diferentes tipos de aserrín según la especie forestal de donde proviene, por esto la composición y reacción de productos de madera, como el aserrín o corteza depende de las especies (Bermudez, 1997 Gerente de administración y personal).

El aserrín demora decena de años en descomponerse, salvo que se creen las condiciones de temperatura, humedad y pH apropiadas para acelerar el proceso (Donoso, 1989). Grez, Gerding y Henriquez (1980) señalan que una opción para el aprovechamiento del aserrín es su reciclaje incorporándolo al suelo, de tal manera de que participe en la dinámica de los elementos nutritivos.

Hartmann, Kester y Davies (1990) indican que es posible que al trabajar con este material se necesite una cantidad adicional de nitrógeno, suficiente para los requerimientos de descomposición del sustrato y solventar las necesidades del cultivo. La tasa de descomposición varía de acuerdo al tipo de madera.

El uso de estos materiales en fresco requiere aplicar mayores cantidades de N para evitar carencias en los cultivos, ya que es necesario compensar el consumo que origina su descomposición biológica, dada su alta relación C/N. Cid Ballarin (1993) recomienda también adicionar sulfato ferroso, para reducir el pH y compensar su baja relación Fe/Mn que podría causar clorosis férrica.

La importancia de esto último radica en que la capacidad de la mezcla utilizada como sustrato debe poseer un contenido crítico de este nutriente, debido a que es el que primero limita el crecimiento en los sustratos (Handreck, 1988). Esta es la razón por la cual varios autores postulan la necesidad de compostar estos materiales (Cid Ballarín, 1993).

Dcey *et al.* (1978) señalan que debido a este empobrecimiento de nitrato y amonio, los niveles de nitrógeno requeridos son mayores en una planta desarrollada en un sustrato con una alta relación C/N, pues hay que agregar una cantidad al medio de propagación para suplir el proceso de descomposición por parte de los microorganismos del suelo. Hartmann, Kester y Davies (1990) señalan que por su alta disponibilidad, su bajo costo y su peso liviano, este material es ampliamente usado en las mezclas de suelo para plantas que se cultivan en macetas, pero hay que agregar nutrientes complementarios.

En algunos casos residuos forestales pueden liberar productos fitotóxicos orgánicos: fenoles, taninos y terpenos o minerales (Manganeso). La fitotoxicidad de este tipo de productos varía con la especie y la región en que crezcan los árboles, siendo mayor en la zona basal y aumentando con la edad (Cid Ballarín, 1993).

El pH de aserrín fresco suele oscilar entre 4.5 y 5.5 y aumenta hasta 6.5 -7.0 cuando se composta. Su capacidad de intercambio catiónico es relativamente alta, 110-130 miliequivalentes por litro, y es más rico en nutrientes como fósforo, potasio, calcio y magnesio que la turba (Cid Ballarín, 1993).

Es un sustrato supresivo para el desarrollo de *Phytophthora* debido a que mejora el drenaje eliminando condiciones de anaerobiosis necesarias para el desarrollo de este hongo (Owney, Benson y Bilderbark, 1990).

Arena

Hartmann, Kester y Davies (1990) definen la arena como pequeños trozos de roca, de 0.05 a 2.0 mm de diámetro, formados como resultado de la intemperización de diversas rocas, dependiendo su composición mineral de aquella de la roca. Se ha determinado arena fina a aquella que posee un diámetro entre 0.05 y 0.5 mm, y como gruesa a la que posee hasta un 10-15% de partículas mayores de 2 mm (Cid Ballarín, 1993).

Estos dos últimos autores coinciden en determinar a este material como el de mayor peso dentro de los utilizados en la realización de mezclas para maceteros, pesando 1290 Kg/m^3 (Hartmann, Kester y Davies, 1990) o 1.2 a $1.6 \text{ Kg}\cdot\text{L}^{-1}$ (Cid Ballarín, 1993).

Al igual que otros productos inorgánicos, se utiliza frecuentemente junto a la turba y otros materiales orgánicos con la función de elevar su densidad, reducir la contracción del sustrato al secarse y facilitar la posterior absorción de agua. Aunque la retención de humedad es baja y su permeabilidad muy alta, su efecto en las mezclas depende de la granulometría, la proporción usada y de las propiedades físicas de los otros componentes (Bartollini y Petruccelli, 1992).

Según Jiménez y Caballero (1990) citado por Morales (1996), este material suele considerarse inactivo desde el punto de vista químico. Su pH es próximo a la neutralidad y su capacidad de intercambio catiónica nula. Tampoco aporta nutrientes. No obstante, es necesario determinar pH y contenido en carbonatos para evitar

posibles problemas. Igualmente conviene comprobar que no se incluya demasiada arcilla y debe ser fumigada antes de ser utilizada, ya que puede contener semillas de malezas y organismos patógenos (Hartmann, Kester y Davies, 1990).

ELABORACIÓN DE SUSTRATOS

En la mayoría de los casos se trata de mezclas constituidas por dos o más componentes con el fin de combinar sus propiedades físicas y químicas para obtener un medio adecuado para el cultivo. Ejemplos son los típicos sustratos arena-turba, corteza-arena o turba-perlita, en donde los materiales orgánicos aportan su alta capacidad de intercambio iónico y de retención de humedad, y los componentes minerales el drenaje y la aireación (Bartollini y Petruccelli, 1992).

Según Cid Ballarín (1993), en la elaboración de sustratos es necesario considerar:

- Homogeneidad de los productos primarios: se debe llevar a cabo un control regular de la calidad de los materiales a emplear y elegir productos básicos con garantías de suministro para conseguir uniformidad de los sustratos en el tiempo.
- Propiedades físicas y químicas y modificación tras el mezclado: el tamaño de las partículas va a influir en gran medida sobre las propiedades físicas de la mezcla. Se puede observar un aumento en el volumen de aire al añadir partículas de tamaño grueso, tales como grava, cortezas, perlita o lana de roca.
- Adición de enmiendas y fertilizantes: el desigual nivel de nutrientes que aparece en ocasiones en una mezcla puede ser causado por un mezclado defectuoso. Fertilizantes como el superfosfato o el nitrato potásico tienden a adherirse a las partículas de turba cuando ésta se encuentra demasiado húmeda, y no se distribuye correctamente.
- Proceso de mezclado: en la actualidad este trabajo se ve facilitado por las mezcladoras mecánicas.

Brown y Pokorny (1975) afirman que es importante el conocimiento detallado de las propiedades físicas y químicas del sustrato, porque se necesita un control preciso del

manejo del agua y la dosificación de fertilizantes en el crecimiento de las plantas en contenedores. Además, por facilitar el uso de un programa cultural estándar para la obtención de plantas más uniformes.

Las propiedades físicas de la mezcla de materiales para contenedores deberían ser ajustadas a los propósitos de las circunstancias en que son usadas, más que un medio para la estandarización física de la mezcla para todas las plantas (Bunt, 1983).

Características químicas

Salinidad

La cantidad excesiva de sales en la mezcla de propagación o cultivo o en el agua de riego (más de 0.75 mmhos/cm) puede reducir el crecimiento de las plantas, quemar el follaje o hasta matar las plantas. Los programas de fertilización también contribuyen a la acumulación de sales. La sobrefertilización produce rápidamente síntomas de salinidad, empezando con el marchitamiento del follaje y de las puntas así como quemaduras de los márgenes de las hojas. Para impedir la acumulación de sales, periódicamente se deben lixiviar con agua los contenedores (Hartmann, Kester y Davies, 1990, 1990).

pH del sustrato

La reacción del suelo o pH, es una medida de la concentración de iones hidrógeno en el mismo. Aunque no influye directamente en el crecimiento de las plantas, tiene varios efectos indirectos, como sobre la disponibilidad de ciertos nutrientes y la actividad de la flora microbiana benéfica. Una gama de pH de 5.5 a 7.0 es la mejor para el desarrollo de la mayoría de las plantas. Para reducir el pH, es posible agregar como fertilizante sulfato de amonio y para elevarlo usar nitrato de calcio (Hartmann, Kester y Davies, 1990).

Características físicas

Porosidad

El porcentaje de la porosidad ocupado por aire se denomina porosidad de aire, y es uno de los parámetros más importantes para valorar la calidad de un sustrato (Ansorena,

1994). Aun cuando las causas de la reducción del crecimiento radicular de las plantas desarrolladas en contenedores no están claras, es evidente que la porosidad expresada por la densidad aparente es un factor importante en el crecimiento y desarrollo de la raíz (Nicolosi y Fertz, 1980).

En cuanto a la porosidad total ideal que debiera presentar un sustrato, no existe hasta el momento un gran acuerdo. Ansorena (1994) afirma que la porosidad ideal sería de un 85%. Jenkins y Jarrell (1989) aseveran que el rango óptimo de valores para la porosidad total es entre 60 y 70%. No obstante, la literatura coincide en que para otorgar la condición óptima para el crecimiento vegetal, la porosidad total debe corresponder a un 50%, y estar repartida igualmente entre agua y aire (Hillel, 1980).

Aireación

Hartmann, Kester y Davies (1990) definen como aireación al intercambio de gases producidos en el suelo, principalmente dióxido de carbono y oxígeno.

Gavande (1972) señala que los factores que determinan la aireación de un sustrato son fundamentalmente: densidad aparente, distribución del tamaño de poros, estabilidad de los agregados y la distribución relativa del tamaño de partículas que componen el sustrato.

Para un manejo adecuado del riego, resulta esencial conocer las propiedades de retención de agua y de aireación del sustrato. En la mayoría de los sustratos, que retienen varios gramos de agua por cada gramo de fase sólida, la cantidad de agua disponible suele ser suficiente para el cultivo de plantas en contenedor (Ansorena, 1994).

Además, como las raíces necesitan aire para respirar es necesario que una cierta proporción de los poros se encuentre ocupada por aire, ya que de lo contrario se corre el riesgo de asfixia radicular (Ansorena, 1994).

También un buen intercambio de gases entre el medio de germinación y el embrión es básico para una germinación rápida y uniforme. El oxígeno es esencial para el proceso de respiración de las semillas en germinación.

En general, la cantidad de oxígeno requerida es proporcional a la cantidad de actividad metabólica que se esté desarrollando ya sea a nivel radicular o de germinación (Hartmann, Kester y Daves, 1990).

Los mismos autores indican que el dióxido de carbono (CO_2) es un producto de la respiración y en condiciones de mala aireación puede acumularse en el suelo. A profundidades escasas, el incremento de CO_2 puede inhibir la germinación en cierto grado y disminuir la tasa de crecimiento radicular.

Gavande (1972) señala que más que la cantidad de aire en el suelo es el abastecimiento de oxígeno y extracción de dióxido de carbono lo que limita el crecimiento de las raíces. Letey *et al.* (1966) afirman que el abastecimiento de oxígeno, es uno de los factores más concentraciones produce un cese del crecimiento de las raíces.

Letey *et al.* (1966) observaron que, en general, las concentraciones de nitrógeno, fósforo y potasio aumentan al tener un alza desde 4% a 20%. Además, se determinó que la absorción de fósforo fue 7 a 20 veces menores en condiciones de baja aireación. Gavande (1972) indica que los requerimientos de oxígeno por parte de los suelos para un óptimo crecimiento de la raíz, son dependientes del grado de porosidad y de humedad que éstos presenten. Los requerimientos mayores se encuentran en los suelos compactados, debido al gasto superior de energía para el desarrollo de raíces.

COMPACTACIÓN Y CRECIMIENTO RADICULAR

El volumen total del sustrato y su reparto entre la fase sólida, el agua y el aire no permanece constante, sino que varía a lo largo del período de cultivo. El volumen

ocupado por el sustrato se va disminuyendo, principalmente a consecuencia de la compresión que experimenta tras el riego. La cantidad de fase sólida tiende a disminuir, a consecuencia de la descomposición de la materia orgánica y la pérdida de las partículas finas por el arrastre con el agua de riego.

Tras el riego y drenaje el volumen de agua retenida es máximo, pero se reduce a medida que va pasando a la planta y aumenta las pérdidas por evapotranspiración. Por el contrario, la aireación crece a medida que el sustrato pierde agua ya que los poros que han sido vaciados pasan a estar ocupados por aire (Ansorena, 1993).

La compactación de suelo incrementa la firmeza y densidad de éste y disminuye la porosidad, crecimiento de la raíz, la eficiencia del uso del agua y nutrientes, la producción y la calidad del producto (Smittle y Williamson, 1977).

Conover y Poole (1981) consideran que al no aplicar presión alguna sobre las mezclas de sustratos, se desarrolla en mayor cantidad la penetración de raíces en el medio, en comparación a los sustratos que sufren alguna presión. Estos últimos autores afirman que la reducción del crecimiento radicular y por ende el de la planta se debe a la falta de aireación. Calderón (1985) afirma que la muerte de raíces provocada por la falta de aireación, se debe a la dificultad de éstas para respirar.

El adecuado desarrollo de las plantas depende de la expansión del sistema radicular en busca de nutrientes y agua. Cualquier barrera o restricción al máximo crecimiento radicular puede afectar en forma negativa el rango de crecimiento de la planta (Nicolosi y Fertz, 1980).

CRECIMIENTO DE PORTAINJERTOS

La fertilización de los portainjertos generalmente se realiza en base a Urea, sulfato de amonio o nitrato de potasio, las dosis son dependientes del tamaño de las plantas.

Pueden ocurrir deficiencias de fierro, por lo que se aplica Quelato de Fierro, incorporado al suelo disuelto en agua.

El riego se puede realizar con un sistema presurizado con espagueti o bien con manguera. En general, hay 10% de pérdida de portainjertos por causa de albinismo, enanismo y arrosetamiento (se supone virosis) y pudriciones.

CRECIMIENTO DEL INJERTO

Una vez que el injerto ha brotado y alcanza los 15 a 20 cm de altura, comienzan las fertilizaciones periódicas al suelo en base a urea. A medida que el injerto va creciendo, se deben ir eliminando los brotes que salgan del portainjerto, para evitar la competencia.

OBTENCIÓN DE PLANTA TERMINADA

Una planta se considera terminada cuando el brote del injerto alcanza una altura entre 30 a 60 cm dependiendo de la variedad. La duración de todo el proceso de propagación fluctúa entre 10 y 18 meses si se utilizó la primera época de injertación (noviembre - diciembre), y desde 16 hasta 22 meses si se utilizó la segunda época de injertación. Estos tiempos son considerando que se realizó la siembra en plena época invernal.

BIBLIOGRAFÍA

AGUILERA PALMA, MARCELA. 2007. Propagación de patrones de palto mediante acodo aéreo y esqueje. Memoria de título. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Agronómicas, Escuela de Agronomía. 16 p.

ALVES DE OLIVEIRA, A., KOLLER, O.C., VILLEGAS MONTER, A. 1999. Propagación vegetativa de aguacate selección 153 (*Persea* sp.) por acodo en contenedor. Revista Chapingo Serie Horticultura 5: 221-225.

ANSORENA, J. 1994. Propiedades y caracterización de los sustratos. Madrid, Mundi-Prensa. 172p.

BARRIENTOS-PRIEGO, A., BORYS, M.W. AND BARRIENTOS-PEREZ, F. 1986. Rooting of avocado cuttings (*Persea americana* Mill.) cvs. Fuerte and Colin V-33. California Avocado Society Yearbook 70: 157-163.

BARTOLLINI, F. y PETRUCCELLI, R. 1992. Materiales para la preparación de sustratos. Hortofruticultura. 11:1 - 8.

BASSUK, N.L. AND MAYNARD, B.K. 1987. Stockplant etiolation and blanching of woody plants prior to cutting propagation. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 112(2): 273-276.

BEN-YA'ACOV, A. AND ZILBERSTAIN, M. 1999. Clonal avocado (*Persea Americana* Mill.) rootstocks in Israel. Revista Chapingo Serie Horticultura 5: 39-42.

BEN-YA'ACOV, A., MICHELSON, E. AND ZILBERSTAIN, M. 1992. Selection of clonal avocado rootstocks in Israel for High Productivity under different soil conditions. Proc. Of Second World Avocado Congress. Pp. 521-526.

BEN-YA'ACOV, A. 1985. Selection of avocado rootstocks. South African Avocado Growers' Association Yearbook 8: 21-23.

BERNALES ABARCA, C.A. 1997. Implementación de la técnica de etiolación y acodo en la propagación clonal de paltos (*Persea americana* Mill.). Taller de licenciatura Ing. Agr. Quillota, Universidad Católica de Valparaíso. Facultad de Agronomía. 78p.

BIASI, L.A., KOLLER, O.C. 1993. Propagação clonal do abacateiro cv. Ouro Verde através da mergulhia de ramos estiolados. Revista Brasileira de Fruticultura 15(3):95-102.

BROKAW, W. H. 1987. Field experiences with clonal rootstocks. South African Avocado Growers Association Yearbook 1987. 10:34-36.

BROWN, E. and POKORNY, F. 1975. Physical and chemical properties of media composed of milled pine bark and sand. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 100 (2): 119-121.

BUNT, A. 1983. Physical properties of mixtures of peats and minerals of different particle size and bulk density for potting substrates. *Acta Horticulturae*. 150: 143- 153.

BURES, S. 1993. Congreso internacional de sustratos. *Horticultura*. 86: 30 - 39; 41.

CALDERÓN, E. 1985. *Fruticultura general*. 3a ed. México, Limusa. 530 p.

CASTRO, M. 1990. Propagación, portainjertos y reinjertación de palto. Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía. Curso Internacional Producción, Postcosecha y Comercialización de palta. Viña del Mar, 2-5 octubre, 1990. pp. F1-F14

CASTRO, M., FASSIO, C., DARROUY, N. Y AEDO, M. 2003. Desarrollo de técnicas para la copia e árboles de palto sobresalientes en Chile. *Actas V Congreso Mundial del Aguacate*, pp. 123-128.

CHRISTENSEN, M.V., ERIKSEN, E.N AND ANDERSEN, A.S. 1980. Interaction of stock plant irradiance and auxin in the propagation of apple rootstocks by cuttings. *Scientia Hort.* 12: 11-17.

CID BAILARÍN, M. 1993. Materiales utilizados en la elaboración de sustratos. *Agrícola Vergel* 141 (12): 492 - 501.

CROZON, J. y NEYROUD, J. 1990. Etude des caractéristiques physiques de quelques substrats en horticultures. *Review Suisse. Viticulture, Arboriculture, Horticulture* 22(6): 441-446.

CUTTING, J.G.M. AND VAN VUUREN, S.P. 1988. Rooting leafy non-etiolated avocado cuttings from gibberellin-injected trees. *Scientia Horticulturae* 37: 171- 176.

DA COSTA JR, W.H., SCARPARE FILHO, J.A., COSTA BASTOS, D. 2003. Estiolamento da planta matriz e uso de ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de goiabeiras. *Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal – SP* 25(2): 301-304.

DALSASO, L. Y GUEVARA, E. 1989. Multiplicación clonal in vitro del Aguacate (*Persea americana*) cv Fuerte. *Agronomía Costarricense*. 13: 61-71.

DONOSO, J. 1989. Convierten el aserrín en alimento para el ganado. *Chile Forestal*. 168:21.

ERNST, A.A. 1999. Micro cloning: a multiple cloning technique for avocados using micro containers. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 5: 217-220.

ERNST, A.A. AND HOLTZHUASEN, L.C. 1987. Callus development – a possible aid in rotting avocado cuttings. *South African Avocado Growers' Association Yearbook* 10: 39-41.

FROLICH, E. F. and R. G. Platt. 1971. Use of the etiolation technique in rooting avocado cuttings. *California Avocado Society 1971-72 Yearbook* 55: 97-109.

GALLO LLOBET, L., PÉREZ ZÁRATE, S. Y SIVERIO DE LA ROSA, F. 1999. Búsqueda

GANDULFO SOTO, L.M. 1983. Efecto del anillado y la aplicación del ácido indolbutírico en el enraizamiento de brotes etiolados de palto (*Persea americana* Mill.) cv. Mexícola. Tesis. Universidad católica de Valparaíso, Quillota – Chile. Escuela de Agronomía. Departamento de horticultura. 71 p.

GAVANDE, S. 1972. Física de suelo; principio y aplicación. México, Limusa- Wiley. 35lp.

GREZ, R.; GERDING, V. y HENRIQUEZ, M. 1990. Utilización de aserrín como aditivo para mejorar la dinámica de elementos nutritivos en el suelo. Temuco, Congreso nacional de la ciencia del suelo, pp. 173-176.

HANDRECK, K. 1988. Nutritional studies with potting mixes-sulfur and vermicompost. Preliminary result. Plant Propagators 35 :36-44.

HARTMANN, H; KESTER, D and DAVDES, F. 1990. Plant propagation, principles and practices. New Jersey, Prentice Hall. 647p.

HARTMANN, H.T., KESTER, D.E., DAVIS, JR. F. T. AND GENEVE, R.L. 1997. Plant propagation: Principles and Practices. 6th Ed. Prentice-Hall, Inc. Upper Saddle River, New Jersey, U.S.A. 770 p.

HILLEL, D. 1980. Fundaments of soil physics. New York. Academic Press. 405p.

HOMSKY, S. 2000. The avocado industry in Israel – an overview. En: <http://www.colpos.mx/ifit/aguacate2/ingles2/israel.htm> . Último acceso: 07.10.2009.

JENKINS, J. and JARRELL, W. 1989. Predicting physical and chemical properties of container mixtures. HortScience 24 (2):292-295.

KADMAN, A. 1976. Effects of the age of juvenile stage avocado seedling on the rooting capacity of their cutting. California Avocado Society Yearbook 58-60.

KARHU, S.T. 1992. ABSTRACT: Effects of etiolation and shading on the rooting of woody ornamental cuttings. ISHS Acta Horticulturae 314: II International Symposium on Prpagation of Ornamental Plants.

KREZDORN, A.H. Y MARTE, D. 1976. Advances in rooting avocados. Proc. Fl. Sta. Hort. Soc. 89: 261-263.

LETEY, J.; MORGAN, W. ; RICHARD, J. and VALORAS, N. 1966. Physical soil amendmets, soil compaction, irrigation and wettingagents in turfgrass management III. Effects on oxygen diffusion rate and root growth. Agronomy Journal. 58 (4) :531-535.

MENGE, J.A. 1999. Strategies to control *Phytophthora cinnamomi* root rot of avocado. En: <http://cesandiego.ucdavis.edu/bender/p%20cinnamomi%20root%20rot.htm>. Último acceso: 02.10.2009.

MENGE, J.A. 2001 Screening and evaluation of new rootstocks with resistance to *Phytophthora cinnamomi*. In: Proc. California Avocado Research Symposium, Riverside, CA, pp. 49-53.

MENGE, J.A., GUILLEMET, S., CAMPBELL, S., JOHNSON, E. AND POND, E. 1992. The performance of rootstock tolerant to root rot caused by *Phytophthora cinnamomi* under field conditions in Southern California. In: Proc. 2nd World Avocado Congress, pp. 53-59.

MOLL, J.N. AND WOOD, R. 1980. An efficient method for producing rooted avocado cuttings. Subtropical Fruit Research Institute 1(11): 9-12.

MUÑOZ PEREZ, R.B. Y ROGEL CASTELLANOS, I. 1998. Ensayos sobre propagación clonal de portainjertos de aguacate. Fundación Salvador Sánchez Colín S.C., Coatepec Harinas, Estado de México. México. pp. 132-134.

NICOLOSI, R. and FERTZ, T. 1980. Evaluation of root growth in varying medium densities and through dissimilar soil surface. HortScience 15 (5): 642-644.

ORTÍZ, E.L. y I. VÁZQUEZ C. 2009. Propagación. En: tecnología para la producción de aguacate en México. Editado por: V. M. Coria Avalos. Libro técnico No. 8. Uruapan, Michoacán.

OWNEY, B.; BENSON, D. y BILDERBACK, T. 1990. Physical properties of container media and relation to severity of phytophthora root rot of *Rhododendron*. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 115 (4):564-570.

PLIEGO-ALFARO, F., A. WITJAKSONO, A. BARCELÓ-MUÑO, R. E. LITZ, y U. LAVI. 2007. Biotecnología. In: Wiley A. W., B. Schaffer, and B. N. Wolstenholme (2007). El Aguacate: Botánica, Producción y Usos. CABI. Ediciones Universitarias de Valparaíso, Valparaíso. 380p.

EUVENI, O. AND RAVIV, M. 1980. Importance of leaf retention to rooting of avocado cuttings. J. Americ. Soc. Hort. Sci. 106(2): 127-130.

RODRIGUEZ NAVAS, A. C. 2003. Implementación de las técnicas de etiolación y acodo y microclonación en paltos (*Persea americana* Mill). Tesis Ing. Agr. Quillota, Pontificia Universidad Católica de Valparaíso. Escuela de Agronomía. 66p.

SALAZAR-GARCIA, S. AND BORYS, M.W. 1983. Clonal propagation of the avocado through "Franqueamiento". California Avocado Society Yearbook 67: 69-72.

SALAZAR-GARCÍA, S., VELASCO C. J.J., MEDINA T. R. Y J. R. GÓMEZ A. 2004. Selecciones de aguacate con potencial de uso como portainjertos. II. Respuesta al enraizamiento mediante acodos. Revista Fitotecnia Mexicana 27(2): 183-190.

SMITTLE, D. and WILLIAMSON, R. 1977. Effect of soil compaction on nitrogen and water use efficiency root growth, yield and fruit shape of pickling cucumbers. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 102 (6) :822-825.

SOLOZANO, D. E. 1989. Propagation in vitro of rootstocks of avocado. Calif. Avocado Soc. Yearbook 73: 149-151.

TAIZ, L. AND ZEIGER, E. 2002. Plant physiology. 3rd edition. Sinauer Associates., Inc. 690 p.

VEIERSKOV, B. 1988. Relations between carbohydrates and adventitious root formation, pp. 70-78, In: Davies, T.D.; Haissig, B.E.; Sankla, N. (eds.) Adventitious Root Formation in cuttings. V.2 Discorides Press, Portland USA.

VELHO DA SILVEIRA, S., DUTRA DE SOUZA, P.V., KOLLER, O.C. 2004. Propagação vegetativa de abacateiro por estaquia. Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal – SP 26(1): 191-192.

WESSELS, H. 1996. In vitro clonal propagation of avocado rootstocks. South African Avocado Growers' Association Yearbook 19: 59-60.

WHILEY, A.W., SCHAFFER, B. AND WOLSTENHOLME, B.N. 2002. The avocado, botany, production and uses. CABI Publishing. 416 pp.

WILLINGHAM, S.L., PEGG, K.G., COATES, L.M, COOKE, A.W., DEAN, J.R., LANGDON, P.W. AND BEASLEY, D.R. 2001. Rootstock influences postharvest anthracnose development in 'Hass' avocado. Australian Journal of Agriculture Research 52: 1017-1022.

YOUNG, L.B. 1961. Vegetative propagation in avocados by means of marcottage and the rooting of cuttings. California Avocado Society Yearbook 45: 63-66.

ZAMORA, H. A. 1994. Breve reseña histórica sobre el inicio del viverismo en aguacate. Facultad de Agrobiología "Presidente Juárez". U.M.S.N.H. Uruapan, Michoacán, México.

ZENTMYER, G.A. 1980. *Phytophthora cinnamomi* and the diseases it causes. American Phytopathological Society, St. Paul, Minnesota.

ZENTMYER, G.A., MENGE, J.A. AND OHR, H.D. 1998. *Phytophthora* root rot. In: Compendium of Tropical Fruit Diseases (Eds. R.C. Ploetz, G.A. Zentmyer, W.T. Nishijima, K.G. Rohrbach and H.D. Ohr). American Phytopathological Society Press, St. Paul, Minnesota, USA, pp. 77-79.

